BULLETIN DE L'INSTITUT BOTANIQUE DE BUITENZORG

NO. VI

1900

QK
1
B975X
BOT

SHOUT
SHARE
IT

580.692

'S LANDS PLANTENTUIN

BULLETIN

DE

L'INSTITUT BOTANIQUE

DE

BUITENZORG

Smithsonian Institution
OCT 21 1904
190154
National Museum

№ VI.

QK
1
.B975x
Bot.
22

BUITENZORG
IMPRIMERIE DE L'INSTITUT
1900

QH
1
B975X
BOT
Buitenzorg, Java

'S LANDS PLANTENTUIN

BULLETIN

DE

L'INSTITUT BOTANIQUE

DE

BUITENZORG

№ VI.

BUITENZORG
IMPRIMERIE DE L'INSTITUT
1900

TABLE DES MATIÈRES.

1. Ueber die Keimung der Tabaksamen.
2. Vorläufige Beschreibung von Pilzen bei tropischen Kulturpflanzen beobachtet.
3. Ueber philippinische Pfeilgifte.

580.6922
.B93
no.6

Ueber die Keimung der Tabaksamen.

Von

M. Raciborski.

I.

Wer zahlreiche Bestimmungen der Keimfähigkeit der Tabaksamen gemacht hat, wird wahrscheinlich gefunden haben, dass vielfach dieselben Samen, an verschiedenen Stellen des Laboratoriums zur Keimung gebracht, nicht ganz gleichzeitig keimen. Andererseits ist es auch eine fast normale Erscheinung, dass die auf den Saatbeeten ausgesaeten Tabaksamen nicht alle gleichzeitig keimen. Zwischen den älteren Pflänzchen erscheinen successive die jüngeren Keimlinge, und sogar nach dem Entfernen der zum Verpflanzen brauchbaren Exemplare, also nach 35—45 Tagen, findet man hie und da noch eben keimende Pflänzchen. Wegen dieser Erscheinung ist manchmal das Aussehen der Keimbeete des Tabaks sehr ungleichmässig.

Besonders stark zeigte sich die Verschiedenheit in der Zeit der Keimung sonst gleichmässiger Samen, als ich dieselben hinter einer schräg stehenden Glasscheibe in verschiedener Tiefe ausgesaet hatte. Die Samen hinter der Glasscheibe waren, mit Ausnahme der auf der Oberfläche des Bodens liegenden, durch eine Blechscheibe verdunkelt, welche nur von Zeit zur Zeit entfernt wurde, um den Vorgang der Keimung kontroliren zu können. Während die oberflächlich am Licht liegenden Samen in 3—4 Tagen gekeimt waren, keimten die tiefer liegenden erst nach 10 und mehr Tagen und auch dann nicht alle gleichmässig.

Die Versuche, welche ich angestellt habe, um die Ur-

sache diesser Differenzen in der Keimung kennen zu lernen, haben ergeben, dass die Lichtwirkung zu den Bedingungen der Keimung der Tabaksamen gehört. Ich gebe hier die Resultate einer Versuchsreihe wieder, welche als durchschnittlich gelten kann. Die Samen waren 1 Jahr alt und wurden auf dickem Filtrirpapier in breiten Glassschalen ausgesaet. Das Filtrirpapier wurde mit destillirtem Wasser nass gemacht. Die Hälfte der Keimungsschalen standen in dem diffusen Lichte des Laboratoriums, die anderen waren durch Blechkisten verdunkelt. Die Verdunkelten standen dicht neben den Beleuchteten, so dass von einer Differenz der Temperatur nicht die Rede sein kann. Zu den Versuchen wurde die auf Java als „Canari" bezeichnete Form der Nicotiana Tabacum benutzt, bei welcher 48 Stunden nach dem Aussähen die ersten Zeichen der Keimung auftraten, nach 50 Stunden schon die Samenschale bricht und die Würzelchen nach aussen treten, nach 72 Stunden die Würzelhaare auf dem bis 1 mm. langem Würzelchen auftreten, nach 95 Stunden die Cotyledonen und das Hypocotyl ergrünt, die Cotyledonen flach ausgebreitet sind.

Hier gebe ich die Differenzen der beleuchteten und dunkel gehaltenen Kulturen:

Nach 3 Tagen. *Hell* Alle Samen gekeimt. Wurzelhaare schon entwickelt.
Dunkel. Etwa 1‰ der Samen gekeimt, alle anderen ungekeimt. In manchen Schalen alle ungekeimt

Nach 4 Tagen. *Hell.* Hypocotyl grün; Cotyledonen grünlich, zum Theil schon ausgebreitet.
Dunkel. Wie am Tage vorher.

Nach 5 Tagen. *Hell.* Cotyledonen ausgebreitet. Keimung beendet.
Dunkel. Keine Differenz.

Nach 12 Tagen. *Hell.* Keine Differenz.

Dunkel. Keine Differenz.

Die dunkel und feucht gehaltenen Samen habe ich 40 Tage in Beobachtung gehabt, die Keimung ist nicht eingetreten.

Bei einer anderen Versuchsreihe, bei welcher die Tabaksamen auf mit destillirtem Wasser befeuchtetem Filtrirpapier in Petrischalen ausgesät waren, habe ich eine Reihe derselben, nachdem sie schon 4 Tage ohne zu Keimen in der Dunkelheit gestanden hatten und in den beleuchteten Controlschalen die gleichalterigen Samen ausgekeimt waren z. Th. der Lichtwirkung ausgesetzt, und zwar wurden einige 1 Stunde, andere 2, 3, 4, 5 Stunden in diffusem Zimmerlicht gelassen (nachträglich wieder verdunckelt), andere als Controlschalen ganz dunkel gelassen. Die letzten sind nicht gekeimt, dagegen keimten alle die, welche 1—5 Stunden in dem diffusem Lichte standen, gleichmässig nach 48 Stunden.

Es genügt also eine kurze, 1 Stunde dauernde Lichtwirkung, um die vorher mit Wasser imbibirten Tabakssamen zur Keimung zu bringen.

Zugleich wurden einige 4 Tage alte, dunkelgehaltene Tabaksamenschalen in einem Exsiccator, auf Natronlauge, also in einer kohlensäurefreien Atmosphäre den diffusen Lichstrahlen ausgesetzt. Diese haben normal nach 2 Tagen gekeimt.

Ich habe auch Tabaksamen im Dunkeln auf Erde, Seesand, Torfmull, Torfplatten ausgesäet. Auch diese keimten nicht. Endlich habe ich die verdunkelten Tabaksamenschalen in einer Aetheratmosphäre 5 Minuten und 11 Stunden gehalten. Auch diese blieben im Dunkeln ungekeimt, keimten dagegen nachträglich nach Beleuchtung.

Diese Versuche zeigen, dass die Tabaksamen, um zu keimen ausser den gewöhnlichen, äusseren Keimungsbe-

dingungen (Temperatur, Feuchtigkeit, Sauerstoff) noch Licht brauchen, und zwar in dem Stadium, in welchen sie mit Wasser schon imbibirt sind. Diese Lichtwirkung braucht weder stark zu sein, noch längere Zeit anzudauern.

Eine Stunde andauernde Wirkung der diffusen Zimmer beleuchtung genügt um die nachträglich wieder dunkel gehaltenen Samen zur Keimung anzuregen. Dass die nöthige Lichtmenge sehr klein ist zeigten die Versuche mit Samen, welche in einer Blechschale ausgesät wurden, die mit der Oltmannsschen Verdunkelungsdecke bedeckt war. Diese habe ich aus zwei je 30 cM. langen Glasscheiben construirt, welche an einem Ende fest an einander angeschmiegt, an dem anderen 1,5 cm. von einander entfernt waren. Zwischen diese keilförmig verbundenen Glasscheiben wurde eine Agaragarlösung gegossen, welche durch chinesische Tinte dunkel gemacht war. Natürlich war nach dem Erstarren des Agar das eine, spitze Ende dieser keilförmigen Glasdecke fast durchsichtig, das entgegengesetzte, dicke, fast undurchsichtig, in der Mitte waren dagegen alle Uebergänge vorhanden. Doch war schon die minimale Lichtmenge, welche die Samen unterhalb des dunklen Ende der Decke geniessen konnten, genügend, um die Keimung anzuregen; die zeitliche Retardirung der Keimung war sehr unbedeutend.

Weitere Versuche wurden angestellt, um zu erfahren, ob das Alter der Samen auf die Keimung im Dunkeln oder im Licht von Einfluss wäre. Die Samen des Tabaks bleiben, wie es jeden Pflanzer bekannt ist, viele Jahre keimfähig, wie lange Zeit überhaupt ist dagegen nicht bekannt. Ich habe die Samen der Varietät „Canari" auf die Keimfähigkeit untersucht, welche in den Jahren 1895, 96, 97und 98 gesammelt waren (leider waren alle Samen des Jahres 1896 todt) mit folgendem Resultat:

1 Jahr alte Samen, die Keimfähigkeit 96%
2 Jahre „ „ „ „ 85%
4 Jahre „ „ „ „ 66%

Mit den letzten, vier Jahre alten, Ende 1895 gesammelten Samen, und mit einjährigen Samen habe ich vergleichende Keimungsversuche am Licht und im Dunkeln angestellt. An den verdunkelten Kulturen war keine Differenz zwischen den jüngeren und älteren Samen zu sehen, beide keimten gar nicht (oder nur vereinzelte dazwischen). Dagegen zeigte sich an den beleuchteten Kulturen eine nicht bedeutende, doch deutliche Retardirung der Keimung. So waren z. B. an dem dritten Keimungstage an den jungen gekeimten Samen die Wurzelhaare schon entwickelt, an den alten noch nicht; am vierten Keimungstage an den jungen Samen die Cotyledonen schon grünlich, z. Th. schon ausgebreitet, an den alten Samen dagegen waren die Cotyledonen noch in dem Endosperm versteckt, am fünften Tage an den jungen Samen die Cotyledonen noch geschlossen und die Keimung erst am 7 Tage vollendet. Die 4 Jahre alten Samen brauchten also zur Keinung 1—2 Tage mehr als die einjährigen.

Wie oben schon erwähnt wurde, keimen vereinzelte Tabaksamen auch in der Dunkelheit, ohne Licht. In dieser Beziehung scheinen zwischen den verschiedenen Varietäten Differenzen zu bestehen, indem bei manchen mehr Procente im Dunkeln auskeimen, als bei den anderen. Doch auch in verschiedenen Kulturen derselben Rasse habe ich in dieser Beziehung Verschiedenheiten gesehen, die mir nicht erklärbar sind. In allen meinen Kulturversuchen, die ich mit hiesigen Samen angestellt habe (Varietäten: Canari, Deli, Manilla) schwankte die Keimfähigkeit im Dunkeln zwischen 1‰—10%.

Abgesehen von diesen Fällen kann man sagen, dass die Tabaksamen, ohne Lichtgennss zur Keimung gebracht

im latenten Leben verbleiben, dass Licht nöthig ist um in denselben die Keimung zu induciren.

Es fehlen exacte Versuche darüber, wie lange Zeit die Tabakssamen ohne Licht, doch feucht, keimfähig bleiben, doch habe ich darüber einige Beobachtungen gesammelt. Bei Klaten in Mitteljawa wird Tabak abwechselnd mit Reis kultivirt und zwar so, dass nach einer Tabaksernte, dreimal die Reisernte folgt. Reis wird dabei auf nassen Feldern (Sawah) gepflanzt. Zeitlich wird also Tabak nach 2 Jahren auf denselben Felderen geplanzt. Es ist dabei eine häufige Erscheinung, dass nach der Bodenbearbeitung für Tabak spontane Tabakskeimlinge auf den Feldern zu finden sind, offenbar Keimlinge der Samen, die $1^1/_2$—2 Jahren alt sind und während der letzten Ernte in die Bodenrisse gefallen waren, wegen Lichtmangel nicht früher gekeimt haben und die erst nach der Bodenbearbeitung ans Licht befördert wurden. In Deli (Nord-Ost Sumatra) lässt man zwischen je zwei Tabakernten auf demselben Boden diesen 8 Jahre lang unbebaut. In dieser Zeit bedecken sich die früheren Tabaksfelder mit einem hohen Wald. Nun habe ich während meines Besuches in Deli von den Tabakpflanzern erfahren, dass auch da Fälle vorkommen, wo nach dem Umfallen des Waldes und nach der Bearbeitung des Waldbodens für neue Tabakanpflanzung vereinzelte Tabakpflanzen auf dem Felde spontan erscheinen, in diesen Fällen sicher Keimlinge der 8 Jahre lang, in dem feuchten Boden verdunkelt liegenden Samen.

Für die Praxis lassen sich die oben beschriebenen Versuche über die Notwendigkeit des Lichtes für die Keimung der Tabaksamen verwerthen. Doch muss ich die practische Verwendung den Pflanzern überlassen, die je nach den localen Verhältnissen die praktisch richtige Methode der Aussaat am leichtesten ausfindig machen können, bei welcher alle nöthigen Factoren: diffuse Beleuchtung der

Samen, Imbibition derselben mit Wasser, sowie Ankleben am Boden, berücksichtigt sind

II.

Nach der zutreffenden Definition von DE VRIES, fassen wir als die Periode der Keimung diejenige Lebensperiode der jungen Keimlinge, in welcher dieselben mit den Reservestoffen der Samen sich ernähren. Bem Tabak ist diese Periode morphologisch scharf abgegrenzt, indem nach dem Verbrauch der Reservestickstoffe des Samens, die jungen Keimlinge, welche in einem, von Salpetersäuresalzen freien Medium leben, die morphogene Thätigkeit einstellen, lange Zeit in dem morphologischen Endstadium der Keimung verharren und erst durch Zusatz des Stickstoffs in einer geeigneten Form zur weiteren Entwickelung angeregt werden.

Dieses Endstadium der Keimung der Tabaksamen ist makroskopisch gesehen folgendermassen gestaltet. Das Würzelchen mit Wurzelhaaren, unverzweigt, 8—10 mm. lang, das Hypocotyl 8—10 mm. lang (die nach dem Auskeimen verdunkelten Exemplare haben natürlich durch Etioliren verlängerte Hypocotyle und nicht ausgebreitete Cotyledonen). Die Cotyledonen sind eiförmig, spitz, flach gewölbt, 0.8—1 mm. breit, bis 1.2 mm. lang, Von den Blättern ist nichts zu sehen; mikroskopisch ist das erste Blatt als ein Höcker zwischen den wenigen Schutzhaaren angelegt.

Zu diesem Endstadium gelangen alle Kulturen mit destillirtem Wasser oder mit einer Nährlösung aus anorganischen Salzen, doch ohne Stickstoff. Kohlenstoff ist in den jetzt assimilirenden Keimlingen reichlich als Reservestärke vorhanden. Solche Pflänzchen kann man wochenlang im Leben halten, ohne eine weitere morphologische Entwickelung zu beobachten.

Diese ist auch nicht zu erzielen durch ein reichliches Darbieten einer aufnehmbaren Kohlenstoffquelle, z. B. von Glukose oder Rohrzucker in 5% Lösung. Die Cotyledonen erscheinen zwar dann etwas dicker, ein wenig breiter, werden von der zu reichlichen Stärke bleich gelbgrün, doch die weitere Entwickelung unterbleibt.

Zu der weiteren Entwickelung ist Stickstoff, und zwar als Salpetersäuresalz dargeboten, nöthig. 1‰ Kalk oder Kali-Salpeter regen sogleich die Pflänzchen zu weiterer Entwickelung an: die Cotyledonen werden 2—3 mal grösser, die Wurzel wächst weiter, die Blattanlagen werden zu Blättern.

Stickstoff in der Form von Ammoniak wirkt gar nicht. Ammoniumsulphat und Ammoniumphosphat waren in 1‰ Lösung ohne Wirkung. Dagegen wirkte Ammoniumnitrat ebenso, wie die anderen Salpetersäuresalze.

III.

Bei den Untersuchungen über die Keimung des Tabaks habe ich eine sonderbare, chemische Differenz zwischen den Wurzeln und Stengeln bemerkt, über welche ich hier nur kurz berichte. Diese Differenz ist nicht nur den Tabaks-Keimlingen eigen, sondern einer langen Reihe von Pflanzen aus verschiedenen Gruppen des Systems, nicht allen jedoch in demselben Grade. Es handelt sich um die Leptominreaction der Epidermzellen der Wurzel und der Wurzelhaare. Ich hoffe bald über dieselbe ausführlichere Mittheilungen machen zu können.

Um die erwähnte Differenz bequem beobachten oder demonstriren zu können, verfahre ich folgendermassen:

Samen von Nicotiana (oder Oryza, Impatiens, Sterculia, etc.) werden auf feuchtem Filtrirpapier oder noch besser auf gereinigten Seesand zur Keimung gebracht. Die zu untersuchenden Keimlinge werden mit absolutem

Alkohol unter einer Luftpumpe vom Chlorophyll befreit und in die schon früher besprochene (cfr. Flora, 1898 Raciborski „Ueber die Demonstrationsmethode des Leptomins") α Naphtollösung übergebracht (α Naphtol wird nämlich in dem absoluten Alkohol gelöst) und dazu ein wenig Wasserstoffsuperoxyd zugesetzt.

Die Schnitte alter, ungekeimter Tabaksamen bleiben in dieser Lösung farblos, ebenso die der schon 24 Stunden auf feuchtem Papier oder Sand liegenden Samen. 48 Stunden nach der Aussaat sind schon Spuren einer violetten Reaction in dem Endosperm sichtbar. Nach 60 Stunden bricht die Samenchale und das Würzelchen fängt an durch das manchetenartig durchbrochene Endosperm herauszuwachsen. Das Endosperm zeigt jetzt eine starke Reaction, das Würzelchen noch nicht. Einige Stunden später zeigt schon die Wurzel die Reaction und zwar zuerst nur einseitig, an einer kleinen Stelle, welche der jetzt sonst noch nicht erkennbaren Grenze zwischen dem Hypocotyl und der Wurzel entspricht, und zwar zuerst auf der convexen Seite der gebogenen, noch wurzelhaarlosen Wurzel. Nach 72 Stunden sind schon die Wurzelhaare vorhanden und die ganze ringförmige Zone der Wurzel, welche die Wurzelhaare trägt, zeigt die Reaction, oben scharf begrenzt gegen das hypocotyle Glied, unten nicht übergehend auf die noch junge, wachsende, 0. 3 mm. lange Spitze der Wurzel. Alle diejenigen epidermoidalen Zellen der Wurzel (also auch Wurzelhaare), welche schon erwachsen und funktionsfähig sind, zeigen eine starke violette Reaction, also alle diejenigen Zellen, deren Funktion, die Aufnahme des Bodenwassers und Bodensalze ist. Die wachsende Wurzelspitze mit der Wurzelhaube reagirt nicht.

Mikroskopisch untersucht erscheint die Reaction in den Zellwänden, Zellvacuolen und besonders in dem Plasma,

am stärksten in denjenigen Epidermiszellen, welche die Wurzelhaare bilden. Doch kann ich aus diesen Beobachtungen noch keineswegs sicher schliessen, dass das Leptomin in allen diesen drei Zellorganen vorhanden ist, da es doch möglich ist, dass während des Tötens der Zelle verschiedene Theile derselben das herausdiffundirende Leptomin festhalten.

An normalen Pflänchen zeigen die Epidermiszellen des Hypocotyls und der Cotyledonen makroskopisch keine Reaction. Mikroskopisch zeigen dagegen die Zellen der Wasserspaltöffnung, welche die Spitze der Cotyledonen krönt, manchmal auch einige umliegende Zellen die Leptominreaction.

Doch kann man auch an den Hypocotylen und Blättern die Leptominreaction künstlich hervorrufen, indem man dieselben während des Lebens verletzt. Die nächste Umgebung der verletzten Stellen reagirt sehr bald auf die beschriebene Weise.

Ich muss mich an dieser Stelle mit dem einfachen Konstatiren der beschriebenen Reactionen begnügen. Dieselben erfordern eine tiefere und zugleich breitere Bearbeitung, welche vielleicht die Rolle des Leptomins erklären könnte.

Vorläufige Beschreibung von Pilzen bei tropischen Kulturpflanzen beobachtet

von

J. van Breda de Haan.

I.

Leptosphaeria Oryzae.

Auf trockenen Reisblättern (omo londot, *malayisch*). Perithecien sub-epidermal, wie eine sehr feine schwarze Punktirung über die tote Blattstelle verbreitet.

Perithecien, dunkel-braun mit dünner Wand und kleiner runder Oeffnung. Diameter 115 mikr., Höhe 75 mikr.

Länge der Asci 60 mikr., enthalten 6 bis 8, 4—6-zellige, helle Sporen. Länge der spindelförmigen Sporen 20 mikr.

Helminthosporium Oryzae.

Bildet augenförmige Flecken auf lebenden Reisblättern (omo pakoe, *malayisch*). Centrum der Flecken ganz eingetrocknet mit braunem Rande.

Auf der Unterseite der Blätter die braunen Conidien-Träger mit grossen, rauchfarbigen, spindelförmigen Conidien. Conidien sind 6—9-zellig, entstehen acrogen, haben eine Länge von 90 mikr., Breite 16 mikr., keimen aus beiden Polzellen.

(Vielleicht identisch mit *Helminthosporium macrocarpum Grev.* vide Thümen F. v. Die Pilze der Reispflanze).

Ebenfalls auf reifen Früchten gefunden bei der Reispflanze.

Herpotricha Oryzae.

Auf Früchten und Fruchtstielen von Reis. Häufig gemischt mit *Melanconium*-Conidien (omo beloek, *malayisch*).

Perithecien oberflächlich, äusserlich mit dunkelbraunen,

Borsten, ründlich mit kurzem Halse und runder Mundöffnung.

Länge der Perithecien 75 mikr., Breite 60 mikr. Länge der Asci 36 mikr. Asci untermischt mit Paraphysen, enthalten 6, oder mehr 4-zelligen rauch-braunen Sporen.

Sporen spindelförmig, lang 10 mikr., breit 3 mikr.

Perithecien zu zwei oder drei beisammen stehend, bisweilen ein wenig vom Epiderm bedeckt.

Melanconium Oryzae.

Auf Reisfrüchten (omo lanas, *malayisch*).

An der Aussenseite der Deck-Spelzen viele Conidien-Träger; diese sind an der Basis dunkel rauch-braun gefärbt, tragen kleine helle Conidien (Microconidien). Grösse dieser Conidien 6 mikr.

Conidien-Träger entstehen aus braunem klein-zelligem, oberflächlichem Stroma, an diesem Stroma auch Macro-Conidien intensiv schwarz, kugelrund, Diameter 15 mikr.

Septoria Oryzae.

Reisfrüchte ganz schwarz, der Fruchtkern eingeschrumpft.

Am trockenen Pericarp zahlreiche Pykniden. Diese sind keulenförmig, mit längerem Hals und runder Oeffnung, enthalten stäbförmige, helle, 4-bis mehr-zellige Sporen.

Länge 30 bis 45 mikr., Breite 3 mikr.

Pykniden. Wand dünn, dunkelbraun.

(Vielleicht identisch mit *Septoria glumarum Pers.*)

Harknessia?

Auf totem Wurzelholz von *Urostigma elastica Roxb.*

Pykniden kohlig, schwarz, kugelrund.

Conidien-Lager hell, mit Micro-und Macroconidien innerhalb desselben Pyknidiums. Sie öffnen sich durch einen Riss und die Conidien treten in einem hellen Tropfe heraus.

Macro-Conidien 9 mikr. bei 6 mikr. braun, einzellig.

Micro-Conidien 1 bis 2 mikr. bei 0.8 mikr., hell. Länge der Träger 20 mikr.

Mehrere Pykniden zusammen verwachsen und von einer braunen, kohligen Wand umgeben.

Pestalozzia Cinnamomi.

Auf jungen Aesten und Blättern von *Cinnamomum Zeylanicum Breyn.*

Pykniden unter der Epidermis. Conidien dunkelbraun mit hellen Polzellen und zwei oder mehr Anhängseln. Länge der Conidien 12 mikr., Breite 4 mikr. Ein bis drei centrale Zellen.

Myxosporium Theobromae.

Auf jungen Aesten und Blattstielen von *Theobroma spec.*

Stroma unter der Epidermis, welche in länglichen Ritzen aufspringt und die weisse Sporenmasse hervortreten lässt.

Stroma ungefärbt, Conidien-Träger 30 mikr. lang, 4 mikr. breit.

Länge der Conidien 12 bis 14 mikr., Breite 3 bis 4 mikr. Conidien ein-zellig, ungefärbt.

Cercospora Theae.

Auf Blattflecken bei *Thea* spec. Conidien-Träger dicht zusammen gehäuft aus den Stomaten an der Unterseite des Blattes hervortretend.

Conidien-Träger kurz, buchtig, rauch-braun. Conidien leicht abfallend, lang 80 mikr., breit 3 mikr., stumpf, sechs-bis mehr-zellig, leicht braun gefärbt.

Buitenzorg. September 1900.

Ueber philippinische Pfeilgifte.

von

Dr. W. G. Boorsma.

Im vorigen Jahre veröffentlichte ich (1) die Resultate einer chemischen Untersuchung von *Lunasia costulata* Miq., nebst makro-und mikroskopischer Beschreibung der Rinde dieses Baumes, von dem ich reichliches Material durch Dr. Koorders aus Besuki—im Osten von Java—erhielt. Ich knüpfte daran eine Besprechung der bisher über *Lunasia amara* Blanco (= *Rabelaisia philippinensis* Planch.) bestehenden Literatur, soweit mir dieselbe damals bekannt war (2).

In dem deutschen Auszug, welcher der besagten Mitteilung beigegeben wurde, ist der über *Lunasia* handelnde Abschnitt wie folgt zusammengefasst:

„Lunasia costulata Miq. III, 13.

Dieser auf Java seltene Baum ist ein naher Verwandte von, wenn nicht identisch mit, *Lunasia amara* Blanco (= *Rabelaisia philippinensis* Planch.), deren Rinde von den Negritos auf Luzon (Philippinen) zur Bereitung ihres Pfeilgiftes verwertet wird. Ueber eine Rinde, welche angeblich

(1) Mededeelingen uit 's Lands Plantentuin XXXI, S. 13 u. 126.

(2) Loher in Apoth. Ztg. 1893, S. 347.
Meyer, Publ. d. kön. ethn. Mus. Dresden. 1893: Die Philippinen II, Negritos, S. 23.
Rosenthal in Sitzber. d. phys-med. Sozietät zu Erlangen. Sitz. v. 13 Nov. 1893.
Gaertner, Diss. Erlangen, 1895; s. Pharm. Journ. July 25, 1896.
Weigt, Pharmakognost. Studie üb. Rabelaisia-rinde u. philipp. Pfeilgift, Diss. Erlangen 1895.
Plugge in Ned. Tijdschr. v. Geneeskunde 1896, 132.
Lewin, Pfeilgifte (1894), S. 127.

von *Rabelaisia philippinensis* stammen soll, liegen einige neuere, chemische und pharmakologische Untersuchungen vor. Von Rosenthal wurde dargethan, dass ein Extract der Rinde als Herzgift wirke, welchen Befund Gaertner bestätigte. Weigt lieferte eine makro-und mikroskopische Beschreibung der Rinde, nebst der Angabe, dass daraus ein amorphes Alkaloid erhalten worden sei. Dagegen fand Plugge in der Rinde ein glukosidisches Herzgift, welches er *Rabelaisin* nannte. Wegen der sich gänzlich widersprechenden Resultate der beiden letzteren Forscher war es sehr wichtig, dass durch die zuvorkommende Hilfe der Herren Meyer in Dresden, Rosenthal in Erlangen und Gorter, damals in Groningen, mir die Gelegenheit geboten wurde, das von Rosenthal, Gaertner und Plugge bearbeitete Material zu prüfen. Es stellte sich dabei heraus, dass alle Drei die nämliche Rinde untersuchten, welche sich jedoch in allen Stücken so sehr von meiner unzweifelhaft ächten *Lunasia*-rinde unterscheidet, dass sie unbedingt von einem ganz andern Pflanzengechlechte wie *Lunasia (Rabelaisia)* hergeleitet werden muss. Plugge's Rabelaisin konnte in der Rinde nachgewiesen werden, sie enthielt aber *kein* Alkaloid, es muss also Weigt, so gut auch seine Beschreibung auf die von Plugge u. s. w. behandelte Rinde passt, zur chemischen Untersuchung ein anderes Material verwendet haben.

Ich erhielt aus der Rinde von *Lunasia costulata* ein amorphes, hygroskopisches, bitter schmeckendes, nicht flüchtiges Alkaloid, *Lunasin*, von bräunlicher Farbe, in Wasser sehr leicht löslich. Es wirkt als Herzgift. 8 Mgr., subcutan eingespritzt, tötet einen Frosch von 78 Gr. Körpergewicht; das Herz steht in Systole still. Bei einer *Cavia* verursachte eine Dosis von 20 Mgr. eine schwere Vergiftung, welche das Tier zeitweise gänzlich lähmte, ohne jedoch den Tod herbeizuführen.

Das Lunasin wurde auch in dem sehr hartem Holz des Baumes nachgewiesen."

Einige mir später bekannt gewordene Tatsachen veranlassen mich, jetzt noch einmal auf den Gegenstand zurück zu kommen. Erstens lenkte Prof. LEWIN meine Aufmerksamkeit auf den Umstand, dass das Alkaloid in der *Lunasia*-rinde schon vor einigen Jahren von ihm aufgefunden wurde, wie er in seinem Lehrb. d. Toxikologie 2te. Auflage (1897), S. 271 angab. Die betreffende Stelle lautet:

„*Rabelaisia philippinensis* PLANCH.

Die Rinde dieses Baumes (*Lunasia amara* BLANCO) dient den Negritos auf den Philippinen zu Pfeilgiften. Versuche, die ich mit der Rinde — vom Reichsmuseum in Leiden durch Herr SCHMELTZ erhalten — anstelte, führten zur Gewinnung eines mit Alkaloidreagentien Niederschläge liefernden mikrokrystallinischen, in Wasser und Alkohol löslichen Körpers, der, wie die Rinde selbst, bei Warmblütern schnell Parese der Glieder, giemende Athmung und Tod unter Krämpfen bei absolut stillstehendem Herzen veranlasste. Das Lunasin — so nenne ich diesen Körper — ist ein Herzgift. Ein zweiter, mit Aether extrahirbarer gelber Körper ist unwirksam."

Der Schluss scheint wohl gerechtfertigt, dass das von mir abgeschiedene Alkaloid mit dem LEWIN'schen Lunasin identisch sein wird, um so mehr weil — wie aus brieflicher Mitteilung von Prof. LEWIN hervorgeht — sein Lunasin sehr hygroskopisch ist, wie das meinige. Nichtsdestoweniger enthielt ein Muster, welches Prof. LEWIN mir von seinem, noch übrigen Vorrath freundlichst zusandte, bestimmt keine Lunasia-rinde: es bestand aus einem Fragment, das sich auf dem ersten Anblick als die alkaloid*freie* Rinde der verschiedenen Untersucher erkennen liess, nebst einigen dünneren Stücken, welche zwar

etwas Alkaloid enthalten, jedoch gewiss keine *Lunasia*-rinde sind. Ausserdem ist zur Zeit in dem ethnographischen Museum in Leiden unter dem Namen „*Rabelaisia philippinensis*“ kein anderes Material wie die fragliche Droge, überhaupt keine andere philippinische Pfeilgiftrinde vorhanden. Diese Verhältnisse wären völlig unerklärlich, wenn nicht Prof. Lewin, wie er mir schrieb, zu zwei verschiedenen Zeiten Material aus dem Leidener Museum erhalten hätte. Man muss wohl annehmen,dass ihm nur das eine Mal ächte Lunasia-rinde übermittelt und diese der chemischen Prüfung unterworfen wurde.

Indessen ist, mit der geschätzten Hilfe des niederländischen Consuls in Manila, sowie durch das freundliche Zuvorkommen des Herrn Dr. Loher ebendaselbst, über die Abstammung der das „Rabelaisin“ enthaltenden Rinde Gewissheit bekommen, und es scheint mir wünschenswerth, zur endgültigen Beseitigung der bestehenden Verwirrung, die betreffenden Angaben von Dr. Loher hier mitzuteilen. Die Rinde stammt nämlich von der *Celastracee*, *Lophopetalum toxicum* Loher, welche beschrieben und abgebildet wurde in Icon. bogor. 1er fasc. p. 55, t. XVI. Der botanischen Beschreibung fügt Loher folgende Bemerkung hinzu:

„Cette espèce, voisine du *Lophopetalum fimbriatum* Wall., habite les forêts de l'intérieur de l'île de Luçon. Les indigènes Negritos, race indigène des îles Philippines, récoltent l'écorce trés vénéneuse de cet arbre pour en préparer un extrait servant à empoisonner leurs flèches.“

Der Umstand, dass von beiden Bäumen, der *Lophopetalum*-und der *Lunasia*-Art, die Rinde zur Bereitung eines Pfeilgiftes verwertet wird, wie Loher für beiderlei Material nachgewiesen hat (1), hat zu der oben besprochenen Ver-

(1) Ein drittes philippinisches Pfeilgift stammt nach Loher von *Strophanthus Cumingii* DC.

wechslung geführt. Weiland Dr. SCHADENBERG, damals in Manila, hat die eine Rinde für die andere genommen, und verschiedene Musea in Europa mit *Lophopetalum*-Material versehen, unter dem unrichtigen Namen *Rabelaisia* (*Lunasia.*) Diesem Irrtum zufolge haben PLUGGE und andere Untersucher, welche die für *Lunasia*-rinde gehaltene Droge aus den Museen erhielten, stets *Lophopetalum*-rinde unter den Händen gehabt. Nur ist aus den oben citirten chemischen Resultaten LEWINS zu schliessen, dass nach Leiden doch auch die ächte *Lunasia*-rinde gelangt sein muss, sei es dass sie von SCHADENBERG aus Versehen ohne absonderliche Bezeichnung seiner Sendung beigepackt wurde, oder dass sie auf andere Weise in den Besitz des Museums geriet.

Es erübrigt nur, darauf hin zu weisen, dass das von PLUGGE „*Rabelaisin*" genannte Glukosid in Zukunft den Namen „*Lophopetalin*" tragen sollte, weil es aus der Rinde des *Lophopetalum toxicum* dargestellt wurde.

BUITENZORG, September 1900.

SMITHSONIAN INSTITUTION LIBRARIES
3 9088 01540 7752

SMITHSONIAN INSTITUTION LIBRARIES
3 9088 01540 7752

bulletindelinsti61900bogo